



**You have downloaded a document from
RE-BUŚ
repository of the University of Silesia in Katowice**

Title: Biodegradacja polilaktydu (PLA)

Author: Bożena Nowak, Jolanta Pająk

Citation style: Nowak Bożena, Pająk Jolanta. (2010). Biodegradacja polilaktydu (PLA). "Archiwum Gospodarki Odpadami i Ochrony Środowiska", nr 2 (2010), s. 1-10.



Uznanie autorstwa - Licencja ta pozwala na kopiowanie, zmienianie, rozprowadzanie, przedstawianie i wykonywanie utworu jedynie pod warunkiem oznaczenia autorstwa.



UNIwersYTET ŚLĄSKI
W KATOWICACH



Biblioteka
Uniwersytetu Śląskiego



Ministerstwo Nauki
i Szkolnictwa Wyższego



Biodegradacja polilaktydu (PLA)

*Nowak B., Pająk J.,
Katedra Biochemii,
Wydział Biologii i Ochrony Środowiska,
Uniwersytet Śląski,
ul. Jagiellońska 28,
40-032 Katowice
tel. 32 2009 462
e-mail bozena.d.nowak@us.edu.pl*

Streszczenie

Polilaktyd PLA jest całkowicie biodegradowalnym, alifatycznym poliestrem liniowym otrzymywanym z kwasu mlekowego. Materiały wykonane z PLA wykazują właściwości tradycyjnych tworzyw sztucznych, a przy tym ulegają rozkładowi na drodze przemian biochemicznych. W oparciu o dostępną literaturę przedstawiono budowę, własności i źródła otrzymywania kwasu mlekowego - substratu do produkcji PLA. Zestawiono warunki jego biodegradacji oraz mikroorganizmy i enzymy uczestniczące w tym procesie. Krótko opisano zastosowanie PLA do produkcji materiałów użytkowych.

Abstract

Biodegradation of poly(lactide) (PLA)

Poly(lactide) PLA is completely biodegradable, linear aliphatic polyester obtained from lactic acid. Materials made from PLA exhibit the characteristics of traditional plastic but contrary to them they are decomposed via biochemical processes. Based on the literature structure, properties and sources of lactic acid - a substrate for the production of PLA were presented. The biodegradation conditions and microorganisms and enzymes involved in this process were shown. Brief description of the application of PLA was given.

1. Wstęp

Produkowane na ogromną skalę syntetyczne materiały polimerowe, takie jak tworzywa sztuczne czy gumy, stanowią po zużyciu uciążliwy balast dla środowiska. Problemy techniczne i ekonomiczne związane z materiałowym i chemicznym recyklingiem odpadów z tworzyw sztucznych, stały się przyczyną poszukiwań nowych materiałów, które można poddać recyklingowi organicznemu. Należą do nich poliestry takie jak polilaktyd (PLA), poli(ε-kaprolakton) (PCL), poli(bursztynian butylu) (PBS) czy poli(hydroksykwasy

alkanowe) (PHAs) o właściwościach porównywalnych z konwencjonalnymi tworzywami sztucznymi. Stwierdzono, że spośród polimerów to właśnie poliestry są najlepiej biodegradowalne, dzięki obecności w ich łańcuchu głównym, wiązań podatnych na atak enzymów hydrolitycznych, głównie esteraz, lipaz i kutynaz [1].

Prace w zakresie wytwarzania przydatnych do kompostowania materiałów poliestrowych koncentrują się głównie na opracowaniu technologii bazujących na odnawialnych surowcach naturalnych. Stosując znane już technologie, można osiągnąć wydajność około 2 do 3 ton biopolimerów z hektara. Obecnie 8% biopolimerów jest wykorzystywane w przemyśle opakowaniowym, rolnictwie, ogrodnictwie i sadownictwie a także w medycynie i weterynarii. W 2010 roku największe zużycie biopolimerów nastąpi w produkcji toreb kompostowych.

2. Chemia PLA

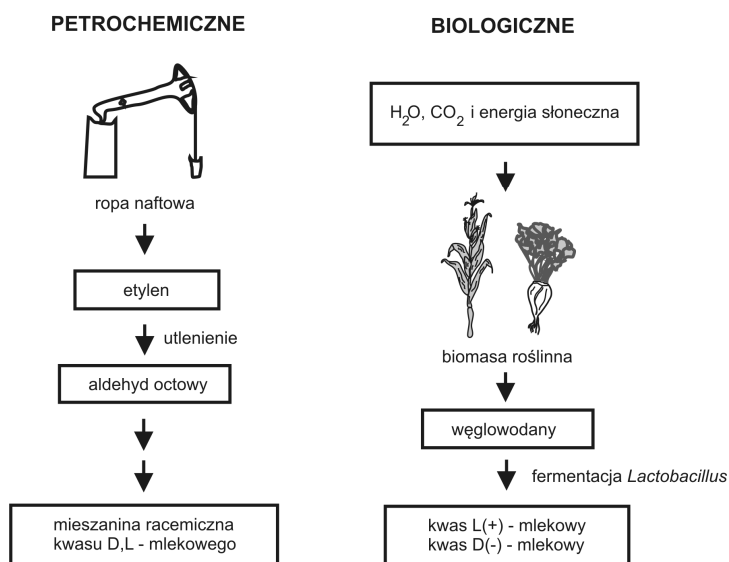
PLA jest termoplastycznym, o dobrych własnościach mechanicznych, całkowicie biodegradowalnym i biozgodnym alifatycznym poliestrem liniowym otrzymywanym z kwasu mlekowego. W Europie jego producentami są firmy Apack AG, BASF Aktiengesellschaft, Boeringer Ingelheim (Niemcy), Hycail B.V. i Purac Biochem (Holandia) oraz Physis (Francja), w USA Birmingham Polymers, Dow Cargill i Polysciences Inc., a w Azji Bio Invigor (Tajlandia) i Shimadzu Corporation oraz Mitsui Chemicals (Japonia) [2].

2.1. Struktura i otrzymywanie

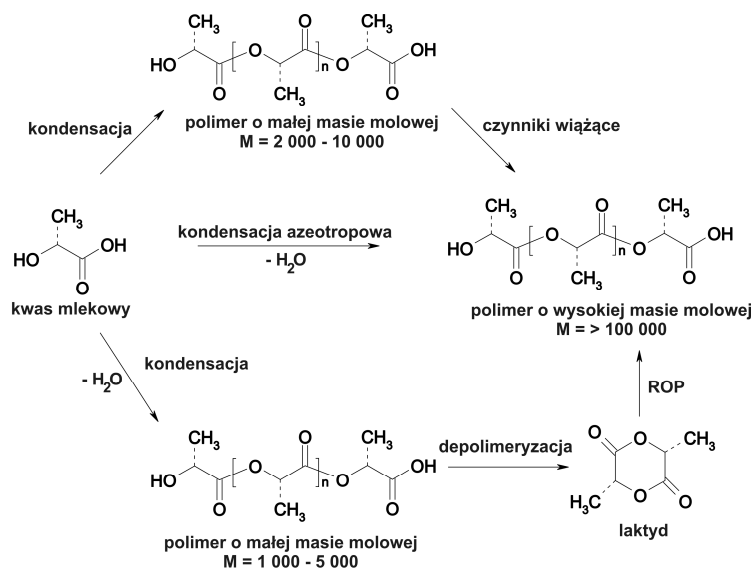
Podstawową jednostką budującą PLA jest kwas mlekowy (2-hidroksy propanowy) (LAc). Kwas mlekowy to słaby, rozpuszczalny w wodzie kwas organiczny zawierający asymetryczny atom węgla. Można go uzyskać zarówno na drodze syntezy chemicznej jak i biologicznej. Preferowaną metodą jego pozyskiwania jest synteza biologiczna dająca dwie czynne optycznie odmiany – enancjomer L(+) lub D(-) prowadzona w oparciu o bakteryjną fermentację skrobi i innych łatwo dostępnych węglowodanów pochodzących z kukurydzy, buraków cukrowych, trzciny cukrowej czy ziemniaków. Największe szybkości wydajności fermentacji (do 95%) osiągnięto wykorzystując wyselekcjonowane bakterie rodzaju *Lactobacillus* [3]. Z syntezy chemicznej z półproduktów odnawialnych (aldehid octowy, etanol) bądź półproduktów uzyskiwanych z węgla (acetylen) lub ropy naftowej uzyskuje się mieszaninę racemiczną L- i D-izomerów [4] (Rys. 1).

PLA jest otrzymywany z kwasu mlekowego dwiema metodami.

Polikondensacja kwasu mlekowego, w zależności od zastosowanej technologii, prowadzi do otrzymania PLA o małej bądź dużej masie molowej. PLA można również uzyskać w wyniku polimeryzacji z otwarciem pierścienia cyklicznego laktydu (ROP). Laktyd (3,6-dimetylo-1,4-dioksano-2,5-dion) uzyskuje się w wyniku depolimeryzacji oligomerów kwasu mlekowego w wysokiej temperaturze i przy niskim ciśnieniu i w obecności katalizatorów. Ponieważ kwas mlekowy występuje w formie dwóch enancjomerów otrzymany laktyd może występować w formie trzech stereoizomerów DD-, LL-, DL-laktydu. ROP prowadzi do uzyskania polimeru o wysokiej masie molowej i dobrych własnościach mechanicznych [2,4] (Rys.2).



Rysunek 1.1. Źródła kwasu mlekowego.



Rysunek 1.2. Otrzymywanie PLA [4].

2.2. Własności

Właściwości charakteryzujące PLA zależą od składu stereochemicznego jednostek powtarzalnych i ich rozkładu wzdłuż łańcucha poliestru. Homochiralny, wielkocząsteczkowy PLA (L-PLA lub D-PLA) jest stereoregularnym, izotaktycznym polimerem o temperaturze zeszklenia $T_g = 55-65\text{ }^{\circ}\text{C}$ i $T_t = 170-183\text{ }^{\circ}\text{C}$. Ataktyczny PLA zbudowany z heterochiralnych łańcuchów DL-PLA o bezładnym rozkładzie jednostek L i D, jest polimerem nie wykazującym temperatury topnienia o $T_g = 59\text{ }^{\circ}\text{C}$. Z kolei mieszanina homochiralnych, izotaktycznych łańcuchów D-PLA i L-PLA jest zdolna do wytworzenia w odpowiednich warunkach stereokompleksów D-PLA/L-PLA o $T_t \leq 230\text{ }^{\circ}\text{C}$ [5]. Gęstość L-PLA wynosi od $1,25-1,29\text{ g/cm}^3$ a D-PLA $1,27\text{ g/cm}^3$. L- i D-PLA są semikrystaliczne, podczas gdy DL-PLA jest bardziej amorficzny. Materiały wykonane z PLA charakteryzują się szerokim zakresem właściwości mechanicznych od miękkich, elastycznych plastików do sztywnych i wytrzymałych produktów w zależności od składu i masy molowej polimeru. Wraz ze wzrostem masy molowej L-PLA z 23k do 67k wytrzymałość na zginanie wzrasta od 64 do 106 MPa, podczas gdy wartości wytrzymałości na rozciąganie nie zmieniają się i wynoszą 59 MPa [6]. W przypadku DL-PLA gdy ciężar cząsteczkowy wzrasta od 47,5k do 114k to wytrzymałość na rozciąganie wzrasta od 49 do 53 MPa a wytrzymałość na zginanie od 84 do 88 MPa. Dla porównania wytrzymałość na rozciąganie i zerwanie dla poli(tereftalanu etyleny) (PET) wynoszą odpowiednio 57 i 88 MPa [7].

3. Mechanizmy degradacji PLA

3.1. Czynniki wpływające na rozkład polimeru

Degradacja tworzyw w środowisku zależy od wielu czynników. Z jednej strony od budowy i własności samego polimeru takich jak budowa chemiczna, masa molowa, polidispersja, temperatura zeszklenia (T_g), temperatura topnienia (T_m), krystaliczność, moduł elastyczności, pole powierzchni próbki i jej hydrofilowość oraz stężenie użytych katalizatorów [8]. Innym istotnym czynnikiem są warunki panujące w otaczającym polimer środowisku takie jak temperatura, wilgotność, pH, pojemność buforowa i siła jonowa [2].

Z danych literaturowych wynika, że im większy stopień krystaliczności, masa molowa i wyższa temperatura topnienia PLA tym jego degradacja przebiega wolniej. Bardziej podatne na degradację są również oligomery L- w przeciwieństwie do oligomerów racemicznych [9].

3.2. Degradacja hydrolityczna i mikrobiologiczna

Biodegradacja PLA przebiega w środowisku wodnym lub w wilgotnym otoczeniu.

W pierwszym etapie następuje degradacja hydrolityczna rozpoczynająca się od przenikania wody w głąb struktury polimeru co prowadzi do hydrolizy wiązań estrowych przede wszystkim w fazie amorficznej PLA i powstania krótszych łańcuchów polimeru, w tym również pewnej puli oligo- i monomerów [10]. Rozpuszczalne w wodzie oligomery mogą następnie przenikać do otaczającego środowiska. Gdy szybkość uwalniania oligomerów jest większa niż szybkość dyfuzji wody w głąb próbki następuje jej erozja powierzchniowa. Gdy szybkość dyfuzji wody przeważa nad uwalnianiem oligomerów mamy do czynienia z

erozją w całej objętości materiału. Jeżeli produkty hydrolitycznego rozkładu PLA uwalniają się bardzo powoli z głębi materiału i jednocześnie zwiększają szybkość hydrolizy (działanie autokataliczne), to wówczas następuje przyspieszona erozja rdzenia próbki [11].

W drugim etapie rozpuszczalne w wodzie mery i oligomery są metabolizowane przez mikroorganizmy obecne w środowisku do dwutlenku węgla i wody. Biodegradacja PLA może przebiegać wolniej lub szybciej w zależności od warunków, w jakich jest przeprowadzana. W wysokiej temperaturze i przy odpowiednio dużej wilgotności otoczenia proces ten zachodzi stosunkowo szybko. Niezwykle ważnym jest także, aby szybkość degradacji PLA była równoważona przez szybkość asymilacji produktów jego rozkładu przez drobnoustroje. Stwierdzono, że większość mikroorganizmów degradujących L-PLA jest zdolnych do jego rozkładu do CO_2 i H_2O co zapobiega akumulacji oligomerów w środowisku [12,13].

Mikroorganizmy zdolne do degradacji mikrobiologicznych i syntetycznych alifatycznych poliestrów takich jak polihydroksymaślan (PHB), PLA, PCL i PBS izolowano z różnych środowisk glebowych. Najliczniejsza spośród nich okazała się populacja mikroorganizmów zdolnych do degradacji PHB i PCL, najmniej natomiast tych zdolnych do degradacji PLA. Badania porównujące szybkość degradacji tych poliestrów w glebie wykazały, że spośród nich PLA jest najmniej podatny na atak mikrobiologiczny w naturalnym środowisku. Do rozpoczęcia procesu degradacji PLA konieczny jest długi okres czasu a i później przebiega on wolno. [14-16].

Przykładowo Ohkita i Lee [17] nie obserwowali degradacji arkuszy z PLA w glebie przez 6 tygodni a Urayama i wsp. [18] stwierdzili 20% i 75% ubytek masy PLA o odpowiednio 100 i 70% zawartości L izomeru w czasie 20 miesięcy.

W warunkach panujących w kompoście – wysoka temperatura 50-60 °C i duża wilgotność – rozkład PLA do mono- i oligomerów przebiegał w ciągu 45-60 dni [14].

Aby poznać, które z mikroorganizmów są zaangażowane w proces rozkładu PLA izoluje się je z różnych środowisk.

Pierwsze badania z użyciem promieniowców *Amycolatopsis* HT-32 izolowanych z gleby prowadzili Pranamuda i wsp. [15]. Wykazali, że w ciągu 14 dni szczep ten zdegradował 60% próbki L-PLA, która wstępnie ważyła 100 mg. Mikroorganizmy te, nie asymilowały jednak powstałych oligomerów i merów, które gromadziły się w środowisku hodowlanym.

Ikura i Kudo [19] analizowali aż 50 próbek pobranych z gleby, stawów i rzek i znaleźli tylko dwa szczepy blisko spokrewnione z *Amycolatopsis mediterranei* zdolne do 50% degradacji L-PLA. W innych badaniach obejmujących 300 próbek gleby wyizolowano szczep *Amycolatopsis* sp. K 104-1 degradujący 90% emulsji PLA w ciągu 8 dni [20]. Jarerat i wsp. [21] wyizolowali z gleby drobnoustroje należące do rodziny *Pseudonocardaceae*, obejmującej rodzaje *Amycolatopsis*, *Lentzea*, *Kibdelosporangium*, *Streptoalloteichus* i *Saccharotrix*, zdolne do rozkładu nie tylko PCL, PHB i PBS ale również L-PLA.

Ciekawym wydaje się fakt, że do rozkładu L-PLA zdolne są mikroorganizmy degradujące włókna jedwabiu naturalnego. Wynika to prawdopodobnie ze stereochemicznego podobieństwa L-kwasu mlekowego do budującej jedwab L-alaniny.

Badano również biodegradację PLA przez mikroorganizmy termofilne.

Tomita i wsp. w latach 1999 do 2004 [22-24] wyizolowali z gleby bakterie termofilne zdolne do degradacji PLA. Bakterie *Brevibacillus* sp., których optymalna temperatura wzrostu wynosiła około 58°C degradowały L-PLA nie tylko w fazie amorficznej, ale także w regionach krystalicznych tworzywa. Kolejny szczep, *Geobacillus* sp. 41, w wydajny sposób przeprowadzał biodegradację tylko L-PLA i nie posiadał zdolności do degradacji innych poliestrów alifatycznych. Degradacja polimeru zachodziła przede wszystkim na powierzchni próbki. Jednym z niewielu mikroorganizmów zdolnych do degradacji PLA zbudowanego z formy D kwasu mlekowego okazał się *Bacillus stearothermophilus*. Szczep ten posiadał zdolność degradacji regionów amorficznych jak i krystalicznych PLA nie tylko na powierzchni próbki, ale także w jej wnętrzu.

Sakai i wsp. [25] pozyskali szereg mikroorganizmów termofilnych z fermentora na odpadki. Jeden ze szczepów, oznaczony jako *Bacillus smithii*, rósł dobrze w pożywce zawierającej 1% L-PLA obniżając masę molową polimeru o 35,6% w ciągu 3 dni inkubacji.

Ponieważ jednak wszystkie badania biodegradacji PLA z udziałem mikroorganizmów termofilnych prowadzono w temperaturze $\geq 55^{\circ}\text{C}$ czyli powyżej T_g L-PLA nie można zatem wykluczyć, że znaczący udział w obniżeniu masy molowej tego polimeru miała nie biologiczna a abiotyczna hydroliza [26].

Jak dotąd opisano niewiele grzybów zdolnych do rozkładu PLA.

Pośród nich jedynie *Trichothium album* [27] degradowały L-PLA, podczas gdy *Fusarium moniliforme* oraz *Penicillium roqueforti* były zdolne jedynie do asymilacji racemicznych oligomerów o masie molowej około 1000 [28].

Niewielka ilość zidentyfikowanych jak dotąd gatunków mikroorganizmów zdolnych do rozkładu PLA nie musi oznaczać ich niewielkiej ilości w środowisku. Spowodowane jest to tym, że jedynie 1% spośród nich jest zdolnych do wzrostu w warunkach laboratoryjnych na pożywkach stałych, co pozwala na ich wyizolowanie i późniejszą identyfikację [29].

Na szybkość degradacji PLA przez mikroorganizmy w warunkach laboratoryjnych znacząco wpływa obecność w podłożu hodowlanym odpowiednich induktorów takich jak żelatyna, fibroina jedwabiu, elastyna, keratyna czy kolagen. Przykładowo dodanie żelatyny do hodowli *T. album* lub *Lentzea waywayandensis* i *Kibdelosporangium aridum* pozwoliło na degradację odpowiednio 76% ze 100 mg PLA lub 95% próbki w ciągu 14 dni [12,13,27]. Wzbogacenie płynnej pożywki w fibroinę jedwabiu przyspieszyło rozkład PLA przez *Amycolatopsis* HT-41 oraz *Amycolatopsis orientalis* [30], nie wpłynęło natomiast na rozkład polimeru przez *T. album* i *L. waywayandensis*, dla których najlepszym induktorem okazała się elastyna [31].

3.4. Rozkład enzymatyczny

Indukcja stopnia i szybkości degradacji PLA w obecności substratów takich jak poli(L-aminokwasy) czy zdolność lub jej brak do degradacji, oprócz PLA, innych poliestrów

alifatycznych na przykład PHB czy PCL zależy od rodzaju enzymów zewnątrzkomórkowych wydzielanych przez mikroorganizmy. Enzymy jako substancje wielkocząsteczkowe nie wnikają do wnętrza tworzywa ale powodują wydajny rozpad łańcuchów polimerowych na jego powierzchni. Następnie fragmenty tworzywa są wchłaniane przez mikroorganizmy i dochodzi do ich dalszej degradacji na wskutek przemian metabolicznych. Wiadomo, że enzymami zaangażowanymi w rozkład PLA są proteazy (EC 3.4) głównie serynowe i esterazy (EC 3.1) [14].

Williams [32] stwierdził, że proteinaza K wydzielana przez *Tritirachium album* hydrolizuje szybciej fazę amorficzną PLA niż fazę krystaliczną. Proces zachodzi poprzez odcinanie jednostek kwasu mlekowego od końców łańcucha, jak również poprzez wewnętrzne cięcie łańcucha na oligomery. Enzym ten uczestniczy w degradacji nie tylko czystego PLA, ale także jego kopolimerów oraz mieszanin PLA z innymi polimerami. Proteinaza K nie jest zdolna do rozszczepiania wiązań pomiędzy formami D kwasu mlekowego, dlatego z punktu widzenia biodegradacji polilaktydu korzystniejsza jest większa zawartość L-kwasu mlekowego w cząsteczce polimeru [33-36].

Oda i wsp. [37] badali degradację L-PLA w temperaturze 50°C z użyciem komercyjnych proteaz. Stwierdzili, że udział w rozkładzie polimeru mają przede wszystkim proteazy zasadowe *Bacillus* spp. natomiast proteazy obojętne i kwasowe atakują polimer w niewielkim stopniu.

Pranamuda i wsp. [30] wyizolowali z *Amycolatopsis* sp. enzym o masie cząsteczkowej 43 kDa, zdolny do degradacji PLA, kazeiny a także fibroiny jedwabiu. Enzym ten nie rozkładał natomiast polikaprolaktonu (PCL) i polihydroksymaślanu (PHB). Optymalne pH działania enzymu to pH = 6 a optymalna temperatura mieści się w zakresie od 37 do 45°C. Enzym ten wykazuje większą specyficzność substratową niż proteinaza K.

Jarerat i Tokiwa [27] stwierdzili, że *Tritirachium album*, w obecności żelatyny wydziela zewnątrzkomórkowy enzym, należący do proteaz, zdolny do rozkładu PLA, fibroiny jedwabiu i elastyny. Enzym nie degradowuje PCL, PHB i PBS.

Sakai i wsp. [25] wyizolowali enzym o charakterze esterazy i masie cząsteczkowej 62,5 kDa z termofilnego szczepu *B. smithii*. Enzym ten w temperaturze 60°C, oprócz wysokocząsteczkowego L-PLA degradował estry kwasów tłuszczowych [29].

Badania Akutsu-Shigeno i wsp. [38] nad DL-PLA depolimerazą *Paenibacillus amylolyticus* TB-13 wykazały zdolność enzymu do degradacji PLA, poli(adypinianu butylu) (PBA), PBSA, PES i PCL oraz triglicerydów i estrów *p*-nitrofenolu. Na podstawie aktywności katalitycznej enzym ten zaklasyfikowano do rodziny esteraz/lipaz. Dodatkowo wykazano jego 45-50% homologię z lipazą rodzaju *Bacillus*.

Szczep *Amycolatopsis* K 104-1 wydziela proteazę o masie cząsteczkowej 24 kDa zdolną do degradacji wysokocząsteczkowego L-PLA, kazeiny i fibroiny jedwabiu nie rozkładając kolagenu – typu I, PCL i PHB. Maksimum aktywności enzymu obserwowano w pH 9,5 oraz temperaturze 55-60°C [20].

Wyzolowano również z drożdży *Cryptococcus* sp. S-2 enzym o masie cząsteczkowej 20,9 kDa o mechanizmie działania kutynaz zdolny do degradacji nie tylko L-PLA ale i innych poliestrów takich jak PBS, PCL i PHB [39].

Na podstawie DNA wyizolowanego z gleby stworzono bibliotekę metagenomową zawierającą geny *plaM4*, *plaM7* i *plaM9* kodujące białka o masie cząsteczkowej odpowiednio 48, 30 i 38 kDa odpowiedzialne za degradację DL-PLA. Ekspresję genów depolimeraz uzyskano poprzez ich wklonowanie do *Escherichia coli* BL21(DE3). Stwierdzono, że wszystkie enzymy były zdolne do rozkładu PLA (za wyjątkiem tego o MW=13*10⁴), PBS, kopolimeru bursztynianu butylu i adypinianu butylu (PBSA), poli(bursztynianu etylu) (PES) i PCL. Ponadto PlaM4 i PlaM7 degradowały również PHB. Enzymy nie atakowały trioleinianu gliceryny - typowego substratu lipaz - w przeciwieństwie do trimaślanu glicerolu - charakterystycznego substratu esteraz co wraz ze zdolnością do rozkładu raczej krótkołańcuchowych estrów kwasów tłuszczowych pozwoliło na ich zaklasyfikowanie do esteraz. Depolimeraza PlaM4 okazała się być enzymem termofilnym o optimum temperaturowym 70°C, która w temperaturze 60°C efektywnie rozkładała sproszkowany PLA co sugeruje możliwość degradacji tworzywa w kompoście. Na podstawie sekwencji aminokwasów obliczono przypuszczalną masę cząsteczkową wszystkich trzech enzymów. Stwierdzono, że dla PlaM4 wyniosła ona około 48,8 kDa, dla PlaM7 około 31,4 kDa a dla PlaM9 około 37,6 kDa. Wykorzystując klasyfikację esteraz i lipaz opracowaną przez Arpigny i Jaeger [40] wykazano, że PlaM4 wykazuje 40-45% podobieństwo z termofilnymi lipazami rodziny I-5 rodzaju *Bacillus*, podczas gdy pozostałych enzymów nie udało się zaklasyfikować do żadnej z gałęzi rodziny I, gdyż wykazywały one jedynie ~20% podobieństwo do tych lipaz [29].

4. Zastosowanie PLA

PLA ze względu na termoplastyczność, dobre własności mechaniczne, biodegradowalność, nietoksyczność zarówno tworzywa jak i produktów jego rozkładu znalazł zastosowanie w medycynie, farmacji jak i w przemyśle opakowaniowym. Początkowo PLA znalazł zastosowanie głównie w medycynie, między innymi w systemach kontrolowanego dostarczania i uwalniania leków, w hydrożelach, do produkcji śrub ortopedycznych czy w inżynierii tkankowej. Obecnie, ze względu na rozwój technologii jego wytwarzania, która umożliwiła uzyskanie tworzywa o własnościach zbliżonych do konwencjonalnych tworzyw sztucznych, takich jak poli(tereftalan etylenu) (PET) czy polistyren (PS) coraz częściej stosuje się go również w innych dziedzinach, takich jak włókiennictwo czy przemysł opakowaniowy [41].

PLA, w przeciwieństwie do powszechnie stosowanego PET, jest przyjemny w dotyku podobnie jak wełna i bawełna. Z powodu małej absorpcji wody stosuje się go do wyrobu odzieży sportowej. Charakteryzuje się niską palnością i nie powoduje wydzielania dymu. Mała gęstość sprawia iż jest lekki. Jest odporny na promieniowanie ultrafioletowe stąd nadaje się do produkcji mebli zewnętrznych i ich wyposażenia. Niski indeks refrakcji zapewnia doskonałe odwzorowanie barw. PLA znalazł również zastosowanie w produkcji folii ogrodnich, biodegradowalnych doniczek rozkładających się po wysadzeniu roślin do gruntu, systemów kontrolowanego dostarczania nawozów i pestycydów, degradowanych

worków na śmieci, toreb, siatek na owoce i warzywa, jednorazowych talerzy, kubków i sztućców [2].

Literatura

- [1] Łabużek S., Nowak B., Pająk J., Rymarz G.: *Polimery*, 2008, 53, 465-470.
- [2] Gupta A. P., Kumar V.: *Eur. Polym. J.*, 2007, 43, 4053-4074.
- [3] Duda A., Penczek S.: *Polimery*, 2003, 48, 16-27.
- [4] Lunt J.: *Polym. Degrad. Stab.*, 1998, 59, 145-152.
- [5] Perepelkin K. E.: *Fib. Chem.*, 2002, 34, 85-100.
- [6] Perego. G., Cella G. D., Basitoli C.: *J. Appl. Polym. Sci.*, 1996, 59, 37-43.
- [7] Doi Y., Steinbuchel A. In: Kawashima N., Ogawa S., Obuchi S., Matsuo M. editors, Wiley-Vich Inc., 2002, 4, 251-257.
- [8] Nishida H., Tokiwa J.: *J. Appl. Polym. Sci.*, 1992, 46, 1467-1476.
- [9] Torres A., Li S. M., Roussos S., Vert M.: *J. Environ. Polym. Degrad.*, 1996, 4, 213-223.
- [10] Middleton J. C., Tipton A. J.: *Biomaterials*, 2000, 21, 2335-2346.
- [11] van Sliedregt A., von Blitterswijk C. A., Hesselings S. C., Grote J. J., de Groot K. In: Heimke G., Soltesz U., Lee A. J. C. editors, Elsevier, Amsterdam, 1991, 9, 7.
- [12] Jarrerat A., Tokiwa Y.: *Biotechnol. Lett.*, 2003, 25, 401-404.
- [13] Jarrerat A., Tokiwa Y.: *Biotechnol. Lett.*, 2003, 25, 2035-2038.
- [14] Tokiwa Y., Calabia B. P.: *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 2006, 72, 244-251.
- [15] Pranamuda H., Tokiwa Y., Tanaka H.: *Appl. Environ. Microbiol.*, 1997, 63, 1637-1640.
- [16] Tansengco M. L., Tokiwa J.: *Chem. Lett.*, 1998, 27, 1043-1044.
- [17] Ohkita T., Lee S. H.: *J. Appl. Polym. Sci.*, 2006, 100, 3009-3017.
- [18] Urayama H., Kanamori T., Kimura Y.: *Macromol. Mater. Eng.*, 2002, 287, 116-121.
- [19] Ikura Y., Kudo T.: *J. Gen. Appl. Microbiol.*, 1999, 45, 247-251.
- [20] Nakamura K., Tomita T., Abe N., Kamio Y.: *Environ. Microbiol.*, 2001, 67, 345-353.
- [21] Jarrerat A., Pranamuda H., Tokiwa Y.: *Macromol. Biosci.*, 2002, 2, 420-428.
- [22] Tomita K., Kuroki Y., Nagai K.: *J. Biosci. Bioeng.*, 1999, 87, 752-755.
- [23] Tomita K., Tsui H., Nakajima T., Kikuchi Y., Ikarashi K., Ikeda N.: *Polym. Degrad. Stab.*, 2003, 81, 167-171.

-
- [24] Tomita K., Nakajima T., Kikuchi Y., Miwa N.: *Polym. Degrad. Stab.*, 2004, 84, 433-438.
- [25] Sakai K., Kawano H., Iwami A., Nakamura M., Moriguchi M.: *J. Biosci. Bioeng.*, 2001, 92, 298-300.
- [26] Pranamuda H., Chollakup R., Tokiwa Y.: *Appl. Environ. Microbiol.*, 1999, 65, 4220-4222.
- [27] Jarrerat A., Tokiwa Y.: *Macromol. Biosci.*, 2001, 1, 136-140.
- [28] Shah A. A., Hasan F., Hameed A., Ahmed S.: *Biotechnol. Adv.*, 2008, 26, 246-265.
- [29] Mayumi D., Akutsu-Shigeno Y., Uhiyama H., Nomura N., Nakajima-Kambe T.: *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 2008, 79, 743-750.
- [30] Pranamuda H., Tsuchii A., Tokiwa Y.: *Macromol. Biosci.*, 2001, 1, 25-29.
- [31] Jarrerat A., Tokiwa Y., Tanaka H.: *J. Polym. Environ.*, 2004, 12, 139-146.
- [32] Wiliams D. F.: *Eng. Med.*, 1981, 10, 5-7.
- [33] Reeve M. S., McCarthy S. P., Downey M. J., Gross R. A.: *Macromolecules*, 1994, 27, 825-831.
- [34] MacDonald R. T., McCarthy S. P., Gross R. A.: *Macromolecules*, 1996, 29, 7356-7361.
- [35] Moon S. I., Urayama H., Kimura Y.: *Macromol. Biosci.*, 2003, 3, 301-309.
- [36] Tsuji H., Ishizaka T.: *Macromol. Biosci.*, 2001, 1, 359-365.
- [37] Oda Y., Yonetsu A., Urakami T., Tomomura K.: *J. Polym. Environ.*, 2000, 8, 29-32.
- [38] Akutsu-Shigeno Y., Teeraphatpornchai T., Teamtisong K., Nomura N., Uchiyama H., Nakahara T., Nakajima-Kambe T.: *Appl. Environ. Microbiol.*, 2003, 69, 2498-2504.
- [39] Masaki K., Kamini N. R., Ikeda H., Lefuji H.: *Appl. Environ. Microbiol.*, 2005, 71, 7548-7550.
- [40] Arpigny J. L., Jaeger K. E.: *Biochem. J.*, 1999, 343, 177-183.
- [41] Gupta B., Revagade N., Hilborn J.: *Prog. Polym. Sci.*, 2007, 32, 455-482